Aus dem Hygiene-Institut der Universität Tübingen
Direktor: Prof. Dr. Stickl

# Ueber Mikrophotographie von Bakterienkolonien im infraroten Licht

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung des Doktorgrades
der Medizin, Chirurgie und Geburtshilfe
einer Hohen Medizinischen Fakultät
der Eberhard-Karls-Universität
zu Tübingen

vorgelegt von
**Elisabeth Burkhardt**
aus Stuttgart

**1941**

Buchdruckerei Karl Bölzle, Tübingen, Marktgasse 10

Dekan: Prof. Dr. Stickl

Berichterstatter: Prof. Dr. Stickl

Zum Druck genehmigt von der Medizinischen Fakultät
der Universität Tübingen.

R. UNIV.
BIBLIOTHEEK
LEIDEN

Infrarat[1]) werden die Strahlen genannt, die sich mit den Wellenlängen von 0,75 n an bis zu 0,3 mm dem langwelligen Bereich des sichtbaren Spektrums anschließen.

| 0,3 mm ↔ 0,75 | 0,75 ↔ 0,4 | 0,4 ↔ 1,2 |
|---|---|---|
| Infrarote Strahlen | Sichtbare Strahlen | Ultraviolette Strahlen |

Da diese Strahlen für das menschliche Auge unsichtbar sind, hat man versucht photographische Platten herzustellen, die infrarot-empfindlich sind. Dies gelang durch Sensibilisierung orthochromatischer Platten mit Stoffen der Karbocyanin-Reihe (insbesondere durch Allo- und Rubrocyanin).

In den letzten Jahren sind mit infrarot-empfindlichen Platten der Photographie wesentlich neue Gebiete erschlossen worden. Und zwar verdankt man diese Erfolge der Tatsache, daß die infraroten Strahlen manche Medien ohne weiteres passieren, von denen das sichtbare Licht absorbiert wird. Art und Anzahl dieser Medien ist von der Forschung noch nicht vollständig festgestellt.

Dem Laien besonders eindrucksvoll erscheinen Fernaufnahmen, die z. B. eine Abbildung von Gebirgszügen über Entfernungen von mehreren 100 km hin gestatten.

Der astronomischen Beobachtung ergaben solche Aufnahmen nähere Aufklärung über Einzelheiten an der Oberfläche von Planeten.

Weiterhin wurden Spektrallinien im infraroten Licht aufgenommen.

Auf dem Gebiet der Mikrophotographie fällt besonders die unwahrscheinlich hohe Empfindlichkeit der Infrarot-Platten für feinste Helligkeitsunterschiede auf.

Die deutlichsten Erfolge wurden in der Paläontologie und Insektenforschung erzielt. Hier ist es besonders die Durchlässigkeit des Chitins für infrarote Strahlen, die es ermöglicht, so auf einfachste Weise Struktureinzelheiten z. B. im Aufbau von Graptolithen und Insekten aufzuzeigen. (Siehe die bekannten Aufnahmen vom Erdfloh.)

[1]) Für „infrarot" ist auch die Bezeichnung „ultrarot" gebräuchlich.

Innerhalb der medizinischen Wissenschaft wurde die Infrarot-Photographie hauptsächlich in der Augenheilkunde mit gutem Erfolg angewendet. Auch für die Carcinom-Histologie konnte die Infrarot-Photographie eine Hilfe sein. So führt Preissecker an, daß Strukturerscheinungen im Plasma klarer und die Zellgrenzen deutlicher hervortreten. Auch die Kernstruktur gelangt besser zur Abbildung, weil selbst geringste Farbunterschiede im Blau sichtbar werden.

Die deutlichere Erkennbarkeit von Struktureinzelheiten der im Infrarot photographierten Objekte hat sich auch die Technik nutzbar gemacht z. B. in der Prüfung der Einflüsse der Färbung auf Wollfasern.

Nach den bisherigen unbestreitbaren Erfolgen der Infrarot-Photopraphie besonders auch auf dem Gebiete der Mikrophotographie erschien uns der Versuch angezeigt, dieses neue Instrument in der Hand des Wissenschaftlers auch in der Bakteriologie zu erproben. So war uns die Beantwortung der Frage interessant, ob sich durch Infrarot-Photographie Unterschiede zwischen verschiedenen Bakterien einer Gruppe oder verwandter Gruppen, insbesondere auch zwischen Toxinbildnern und Nicht-Toxinbildnern, aufzeigen lassen, die über das bisher bekannte Maß hinausgehen, und ob dann auf diesem Wege eine beschleunigte und vereinfachte Differentialdiagnose dieser Bakterien möglich werden könnte.

Von diesem Gesichtspunkte aus wurden zu den Versuchen folgende Bakterien ausgewählt:

Bact. diphtheriae, Bact. Pseudodiphtheriae.

Bact. coli, Bact. typhi, und
Bact. paratyphi B (B. Schottmüller),
Bact. paratyphi C (B. Virchow),
Bact. paratyphi D (B. enteritidis Gärtner).

Bact. dysenteriae Shiga-Kruse,
Bact. dysenteriae Y und
Bact. dysenteriae Flexner.

Diplococc. intracellularis meningitidis,
Microc. catarrhalis,
Microc. gonorrhoeae,
Microc. candicans.

Staphyloc. pyog. albus, Staphyloc. aureus haemol.

Streptoc. pyog. haemol., Streptoc. viridans.

Bacillus anthracis.

Hefe.

Es wurden immer einzelne isolierte Bakterienkolonien photographiert. Um eventuell auftretende Strukturveränderungen, Alterserscheinungen, Toxinbildung nachzuweisen, wurden die Kolonien nach 1, 3, 5, zum Teil auch 7-tägigem Wachstum im Brutschrank bei 37° C. aufgenommen. Als Nährboden diente 2,5%iger Agar (1 Liter Fleischwasser, 25 g Agar, durch Kochen gelöst. Zusatz von 10 g Pepton, 5 g Kochsalz, neutralisiert mit 15%iger Kalilauge. $^3/_4$ Std. gekocht und filtriert).

Er wurde in ungefähr 3 mm dicker Schicht in gewöhnliche Petrischalen gegossen. Dabei wurden die Schalen auf eine genau horizontal konstruierte Platte gestellt, um Niveauunterschiede in der Agaroberfläche, die für die Scharfeinstellung der Bakterienkolonien im Mikroskop Schwierigkeiten bereitet hätten, so weit als möglich auszuschalten. Da ein hochprozentiger Agar das Wachstum der Bakterien so beschleunigt, daß sich die einzelnen Wachstumsstadien schlecht verfolgen lassen und andererseits ein solcher Agar durch das starke Hervortreten seiner korpuskulären Elemente für die Mikrophotographie ungeeignet ist, mußte ein minder hochprozentiger Agar verwendet werden. Photographisch am geeignetsten wäre wegen seiner hohen Durchsichtigkeit ein 1%iger Agar gewesen. Doch war dessen Verwendung nicht möglich, da er durch die relativ lange Belichtungszeit, die für Infrarotaufnahmen erforderlich ist, zum Schmelzen gebracht wurde. Die Einschaltung eines Wärmefilters konnte nicht in Frage kommen, da bei Infrarot-Aufnahmen ja gerade die Wärmestrahlen zur photographischen Darstellung verwendet werden. Unter Berücksichtigung obiger Beobachtungen wurde 2,5%iger Agar für die Versuche benützt. Für Meningokokken, Gonokokken und Streptoc. viridans diente 20%iger Ascitesagar (20% menschliche Ascitesflüssigkeit, sterilisiert, mit Chloroformzusatz, von Merck, Darmstadt, und 80% 2,5%iger Agar), für Streptoc. pyog. haemol. bei Aufnahme Nr. 99/100 Blutplatte (10% Menschenblut, 90% 2,5%iger Agar) als Nährboden.

Als mikrophotographisches Gerät diente das von Zeiß konstruierte „Ultraphot", in dem ein hochwertiges Mikroskop mit einer Balgenkamera vereinigt ist. Die Lichtquelle ist eine ebenfalls eingebaute Glühlampe. (Näheres siehe Prospekt von Zeiß, Mikro 532.)

Da die Infrarot-Platten neben ihrer Empfindlichkeit für die langwelligen unsichtbaren Strahlen noch die Stammempfindlichkeit des Bromsilbers für das sichtbare Blau und Violett besitzen, wurden bei den Aufnahmen zur Ausschaltung des sichtbaren Lichtbereichs das Agfa-Infrarot-Filter Nr. 85 verwendet. Das wirksame Wellenbereich innerhalb des Infrarot-Gebietes wählt die photographische Platte aus.

Für Infrarot-Aufnahmen liefert die deutsche Photoindustrie zur Zeit Platten und Filme. Die Filme sind bis heute nur in einer Sensibilisierung für eine Wellenlänge von 700 mμ erhältlich, während die Platten z. B. von der Agfa in folgender Ausführung geliefert werden:

Wellenlänge 700 mμ, Ausführung „Rapid"
Wellenlänge 700 mμ, Ausführung „Hart"

Wellenlänge 750 mμ, Ausführung „Hart"

Wellenlänge 800 mμ, Ausführung „Rapid"
Wellenlänge 800 mμ, Ausfühzung „Hart"

Wellenlänge 850 mμ, Ausführung „Hart".

Die Ausführung „Rapid" zeigt höhere Empfindlichkeit und weichere Gradation.

Für unsere Versuche hat sich die Agfa-Platte 850 „Hart" als geeignet erwiesen. Aufnahmen mit Platten geringerer Wellenlänge zeigen flauere Ergebnisse. Aus diesem Grunde mußte auch der Film, der technisch manche Erleichterung bringt, ausscheiden. Eine an sich mögliche Uebersensibilisierung der Platten hat sich aus äußeren Gründen nicht als zweckmäßig erwiesen. (Zur Uebersensibilisierung werden die Infrarot-Platten, am besten bei völliger Dunkelheit, 5 Min. in Soda-Ammoniaklösung, anschließend 5 Min. in Methanol gebadet und möglichst schnell getrocknet, z. B. mit dem Fön. Die Haltbarkeit der Platten beträgt dann nur 1—2 Tage.)

Die Aufnahmen wurden im durchfallenden Licht gemacht. Das dem Ultraphot beigegebene Rauchglas wurde in den Strahlengang eingeschaltet.

Es werden von einer Bakterienkolonie regelmäßig 2 Vergleichsaufnahmen gemacht, die eine auf normalempfindlicher Silbereosin-Platte mit Gelbfilter und unmittelbar darauffolgend die andere auf Infrarot-Platte 850 „Hart" mit Infrarot-Filter.

Im Mikroskop wird eine einzelstehende Kolonie auf der Agarplatte scharf eingestellt. Zu diesem Zweck erwies sich 70-fache Vergrößerung als geeignet. Aufnahmen mit z. B. 280-facher Vergrößerung lassen nur einen sehr kleinen Ausschnitt einer Kolonie zur Abbildung gelangen. Dabei werden zwar Einzelheiten deutlicher sichtbar, doch sind die Unterschiede zwischen Infrarot-Aufnahmen und Aufnahmen in gewöhnlichem Licht bei dieser Vergrößerung geringer als bei Uebersichtsaufnahmen von ganzen Kolonien. (Siehe Aufnahme Nr. 111 und 112). Nun erfolgt am Ultraphot die Umschaltung des mikroskopischen Bildes auf die Mattscheibe. Durch Veränderung des Kameraauszugs wird die Bildgröße entsprechend der photographischen Platte bestimmt. Es wurde mit wenigen

Ausnahmen das 6 × 9 cm-Format verwendet. Anschließend muß auf der Mattscheibe, die dafür eigens einen Glanzring aufweist, die Scharfeinstellung auf den Rand der Kolonie vorgenommen werden. Dies ist bei schwachen Vergrößerungen recht schwierig und erfordert große Geduld. Mit der Einstellupe kann man sich die Arbeit etwas erleichtern. Die Scharfeinstellung zur Aufnahme mit der Silbereosin-Platte wird mit Gelbfilter vorgenommen, die Einstellung zur Infrarot-Aufnahme mit Agfa-Rotfilter Nr. 42 (weil das Infrarot-Filter ja überhaupt kein sichtbares Licht durchläßt). Bei schwachen Vergrößerungen ist das im sichtbaren Rot eingestellte Bild auch im Infrarot noch scharf. Als Regel ergab sich, daß die Scharfeinstellung zur Infrarot-Aufnahme etwa 3 Teilstriche der Mikrometerschraube = 0,006 mm tiefer liegt als zur Aufnahme im gewöhnlichen Licht. Nun wird die Mattscheibe aus dem Strahlengang des Lichtes ausgeschaltet, und die Belichtung der Platte kann erfolgen.

Eine Belichtungs-Versuchsreihe erwies für die Silbereosin-Platte mit Gelbfilter bei 70-facher Vergrößerung (Objektiv: Zeiß Apochromat 10, Photookular 7, Kondensor Aplanat 1,4, Schraube C des Ultraphot = 8), Irisblende 7 und einem Kameraauszug von 440 mm als richtig eine Belichtungszeit von 4—10 Sekunden, je nach der Art der Bakterien und den geringen Schwankungen in der Beschaffenheit des Nährbodens. Für die Infrarot-Aufnahme mit Infrarot-Filter unter sonst gleichen Bedingungen ergab die Versuchsreihe eine Belichtungszeit von 60—150 Sek.

Die Platten wurden in der Dunkelkammer bei völliger Dunkelheit mit RODINAL-Entwickler in 20-facher Verdünnung 7—8 Min. lang entwickelt. Nach kurzem Wässern blieben sie, ebenfalls bei völliger Dunkelheit, 15—20 Min. im Fixierbad (Agfa-Schnellfixiersalz, Verdünnung 1 : 5). Anschließend wurden die Platten mehrere Stunden gewässert und auf Ständern getrocknet.

Die Kontaktabzüge von den Platten wurden auf Agfa-Lupex-Papier, weiß glänzend gefertigt.

## Verzeichnis der Aufnahmen:

| Nr. | Objekt |
|---|---|
| 1 | Bact. diphtheriae auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 2 | Bact. diphtheriae auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 3 | Bact. diphtheriae auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 4 | Bact. diphtheriae auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 5 | Bact. diphtheriae auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 6 | Bact. diphtheriae auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 7 | Bact. diphtheriae auf Agar, nach 7 Tagen bei 37° C. |
| 8 | Bact. diphtheriae auf Agar, nach 7 Tagen bei 37° C. |
| 9 | Bact. pseudodiphtheriae auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 10 | Bact. pseudodiphtheriae auf Agar, nach 1 Tag bei 37° G. |
| 11 | Bact. pseudodiphtheriae auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 12 | Bact. pseudodiphtheriae auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 13 | Bact. pseudodiphtheriae auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 14 | Bact. pseudodiphtheriae auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 15 | Bact. coli auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 16 | Bact. coli auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 17 | Bact. coli auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 18 | Bact. coli auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 19 | Bact. coli auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 20 | Bact. coli auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 21 | Bact. typhi auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 22 | Bact. typhi auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 23 | Bact. typhi auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 24 | Bact. typhi auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 25 | Bact. typhi auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 26 | Bact. typhi auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 27 | Bact. typhi auf Agar, nach 7 Tagen bei 37° C. |
| 28 | Bact. typhi auf Agar, nach 7 Tagen bei 37° C. |
| 29 | Bact. paratyphi Schottmüller auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 30 | Bact. paratyphi Schottmüller auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 31 | Bact. paratyphi Schottmüller auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 32 | Bact. paratyphi Schottmüller auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 33 | Bact. paratyphi Schottmüller auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 34 | Bact. paratyphi Schottmüller auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 35 | Bact. paratyphi C Virchow auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 36 | Bact. paratyphi C Virchow auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 37 | Bact. paratyphi C Virchow auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 38 | Bact. paratyphi C Virchow auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 39 | Bact. paratyphi C Virchow auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 40 | Bact. paratyphi C Virchow auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |

| Photoplatte | Vergrößerg. | Belichtung | Blende | Filter | Kameraauszug |
|---|---|---|---|---|---|
| Silbereos. | 70 x | 6 sec. | 11 | Gelbfilter | 44 cm |
| Infrarot | 70 x | 60 sec. | 11 | Infrarotfilter | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 10 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 60 sec. | 11 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 10 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 60 sec. | 11 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 10 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 60 sec. | 11 | I.r.f | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 7 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 42 sec. | 11 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 7 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 42 sec. | 11 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 7 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 42 sec. | 11 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 5 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 60 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 6 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 65 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 9 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 65 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 8 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 60 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 10 sec. | 11 | G f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 60 sec. | 11 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 10 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 60 sec. | 11 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 10 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 60 sec. | 11 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 10 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r, | 70 x | 60 sec. | 11 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 10 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 60 sec. | 11 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 10 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 60 sec. | 11 | I r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 6 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 60 sec. | 11 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 6 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 60 sec. | 11 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 6 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 60 sec. | 11 | I.r.f. | 44 cm |

| Nr. | Objekt |
|---|---|
| 41 | Bact. enteritidis Gärtner auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 42 | Bact. enteritidis Gärtner auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 43 | Bact. enteritidis Gärtner auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 44 | Bact. enteritidis Gärtner auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 45 | Bact. enteritidis Gärtner auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 46 | Bact. enteritidis Gärtner auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 47 | Bact. dysenteriae Shiga-Kruse auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 48 | Bact. dysenteriae Shiga-Kruse auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 49 | Bact. dysenteriae Shiga-Kruse auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 50 | Bact. dysenteriae Shiga-Kruse auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 51 | Bact. dysenteriae Shiga-Kruse auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 52 | Bact. dysenteriae Shiga-Kruse auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 53 | Bact. dysenteriae Y auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 54 | Bact. dysenteriae Y auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 55 | Bact. dysenteriae Y auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 56 | Bact. dysenteriae Y auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 57 | Bact. dysenteriae Y auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 58 | Bact. dysenteriae Y auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 59 | Bact. dysenteriae Flexner auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 60 | Bact. dysenteriae Flexner auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 61 | Bact. dysenteriae Flexner auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 62 | Bact. dysenteriae Flexner auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 63 | Bact. dysenteriae Flexner auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 64 | Bact. dysenteriae Flexner auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 65 | Diplococc. intracell. meningitidis auf xAgar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 66 | Diplococc. intracell. meningitidis auf xAgar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 67 | Diplococc. intracell. meningitidis auf xAgar, nach 2 Tagen bei 37° C. |
| 68 | Diplococc. intracell. meningitidis auf xAgar, nach 2 Tagen bei 37° C. |
| 69 | Micrococc. catarrhalis auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 70 | Micrococc. catarrhalis auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 71 | Micrococc. catarrhalis auf Agar, nach 2 Tagen bei 37° C. |
| 72 | Micrococc. catarrhalis auf Agar, nach 2 Tagen bei 37° C. |
| 73 | Micrococc. gonorrhoeae auf Ascitesagar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 74 | Micrococc. gonorrhoeae auf Ascitesagar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 75 | Micrococc. gonorrhoeae auf Ascitesagar, nach 2 Tagen bei 37° C. |
| 76 | Micrococc. gonorrhoeae auf Ascitesagar, nach 2 Tagen bei 37° C. |
| 77 | Micrococc. candicans auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 78 | Micrococc. candicans auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 79 | Micrococc. candicans auf Agar, nach 2 Tagen bei 37° C. |
| 80 | Micrococc. candicans auf Agar, nach 2 Tagen bei 37° C. |

xAgar = Ascitesagar.

| Photoplatte | Vergrößerg. | Belichtung | Blende | Filter | Kameraauszug |
|---|---|---|---|---|---|
| Silbereos. | 70 x | 6 sec. | 11 | Gelbfilter | 44 cm |
| Infrarot | 70 x | 60 sec. | 11 | Infrarotfilter | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 6 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 60 sec. | 11 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 6 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 60 sec. | 11 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 7 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 42 sec. | 11 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 7 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 42 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 7 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 42 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 11 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 72 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 12 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 72 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 12 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 72 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 10 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 42 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 7 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 42 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 7 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 42 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 6 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 52 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 6 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 52 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 14 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 130 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 14 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 130 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 14 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 130 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 14 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 130 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 6 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 55 sec. | 9 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 6 sec. | 9 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 55 sec. | 9 | I.f.r. | 44 cm |

| Nr. | Objekt |
|---|---|
| 81 | Staphyloc. pyog. albus auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 82 | Staphyloc. pyog. albus auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 83 | Staphyloc. pyog. albus auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 84 | Staphyloc. pyog. albus auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 85 | Staphyloc. pyog. albus auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 86 | Staphyloc. pyog. albus auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 87 | Staphyloc. pyog. aureus haemol. auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 88 | Staphyloc. pyog. aureus haemol. auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 89 | Staphyloc. pyog. aureus haemol. auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 90 | Staphyloc. pyog. aureus haemol. auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 91 | Staphyloc. pyog. aureus haemol. auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 92 | Staphyloc. pyog. aureus haemol. auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 93 | Streptoc. pyog. haemol. auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 94 | Streptoc. pyog. haemol. auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 95 | Streptoc. pyog. haemol. auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 96 | Streptoc. pyog. haemol. auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 97 | Streptoc. pyog. haemol. auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 98 | Streptoc. pyog. haemol. auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 99 | Streptoc. pyog. haemol. auf Blut-Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 100 | Streptoc. pyog. haemol. auf Blut-Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 101 | Streptoc. viridans auf Ascitesagar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 102 | Streptoc. viridans auf Ascitesagar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 103 | Streptoc. viridans auf Ascitesagar, nach 2 Tagen bei 37° C. |
| 104 | Streptoc. viridans auf Ascitesagar, nach 2 Tagen bei 37° C. |
| 105 | Bacillus anthracis auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 106 | Bacillus anthracis auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C |
| 107 | Bacillus anthracis auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 108 | Bacillus anthracis auf Agar, nach 3 Tagen bei 37° C. |
| 109 | Bacillus anthracis auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 110 | Bacillus anthracis auf Agar, nach 5 Tagen bei 37° C. |
| 111 | Bacillus anthracis auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 112 | Bacillus anthracis auf Agar, nach 1 Tag bei 37° C. |
| 113 | Hefe (frischer Stamm) auf Agar, nach 1 Tag bei 22° C. |
| 114 | Hefe (frischer Stamm) auf Agar, nach 1 Tag bei 22° C. |
| 115 | Hefe (alter Stamm) auf Agar, nach 1 Tag bei 22° C. |
| 116 | Hefe (alter Stamm) auf Agar, nach 1 Tag bei 22° C. |

| Photoplatte | Vergrößerg. | Belichtung | Blende | Filter | Kameraauszug |
|---|---|---|---|---|---|
| Silbereos. | 70 x | 4 sec. | 7 | Gelbfilter | 44 cm |
| Infrarot | 70 x | 145 sec. | 7 | Infrarotfilter | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 4 sec. | 7 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 145 sec. | 7 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 4 sec. | 7 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 145 sec. | 7 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 4 sec. | 7 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 145 sec. | 7 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 4 sec. | 7 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 145 sec. | 7 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 4 sec. | 7 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 145 sec. | 7 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 4 sec. | 7 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 145 sec. | 7 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 4 sec. | 7 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 140 sec. | 7 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 4 sec. | 7 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 140 sec. | 7 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 7 sec. | 7 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 150 sec. | 7 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 4 sec. | 7 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 140 sec. | 7 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 4 sec. | 7 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 140 sec. | 7 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 4 sec. | 7 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 90 sec. | 7 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 4 sec. | 7 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 90 sec. | 7 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 4 sec. | 7 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 90 sec. | 7 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 280 x | 1 sec. | 7 | G.f. n | 44 cm |
| I.r. | 280 x | 30 sec. | 7 | I.r.f. n | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 7 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 42 sec. | 11 | I.r.f. | 44 cm |
| S.e. | 70 x | 7 sec. | 11 | G.f. | 44 cm |
| I.r. | 70 x | 42 sec. | 11 | I.r.f. | 44 cm |

n = ausnahmsweise ohne Rauchglas.

# Ergebnis:

Die Aufnahmen Nr. 1—8 zeigen eine Diphtherie-Kolonie nach 1, 3, 5, 7 Tagen (24, 72, 120, 168 Std.) ihres Wachstums auf Agar (bei 37° C.), jeweils auf Silbereosin-Platte und dann auf Infrarot-Platte mit 70-facher Vergrößerung aufgenommen. Nach 24 Std. sehen wir kleine rundliche durchscheinende mattglänzende Kolonien von körniger Struktur mit nicht ganz glattem Rand. Nach 3 tägigem Wachstum beginnt im Zentrum Knopfbildung sichtbar zu werden, die Körnelung wird grober; nach 7 Tagen hebt sich der zentrale Knopf durch einen deutlichen Wall von der Randzone ab. Worauf es uns ankommt ist, daß sich tatsächlich Unterschiede erkennen lassen zwischen den Infrarot-Aufnahmen und denjenigen auf Silbereosin-Platte. Die Infrarot-Aufnahmen zeigen, je älter die Kolonie ist, umso mehr, deutlichere Strukturierung innerhalb der Kolonie, größeren Kontrastreichtum und besseres Auflösungsvermögen der infraroten Strahlen auch für die zentralen tieferen Schichten der Kolonie. Wie später dargelegt wird, sind diese Unterschiede gerade bei Diphtheriebakterien-Kolonien besonders gut zu erkennen.

Bei Pseudodiphtheriebakterien-Kolonien (Aufn. Nr. 9—14) treten auf Agar (bei 37° C.) schon vom 1. Tag an deutlichere Knopfbildungen auf. Der Rand der Kolonie ist gezackt, zernagt. Nach 3 Tagen erscheinen sowohl die Rand- wie die zentrale Partie wesentlich dichter und undurchsichtiger. Nach 5-tägigem Wachstum fallen in der Randzone liegende kleine rundliche, gruppenweise gelagerte Erhebungen auf. Dies ist sowohl auf den Infrarot-Aufnahmen als auch bei den Silbereosin-Aufnahmen gut erkenntlich.

Bacterium coli (Aufn. Nr. 15—20) bildet auf Agar uncharakteristische runde Kolonien mit glattem, durchsichtigem Rand und dichterem feinpunktiertem Zentrum. Im Verlauf von 5 Tagen (bei 37° C. bebrütet) tritt gröbere Punktierung und ein, bezüglich der Dichte, allmählicher Uebergang von der zentralen in die Randzone auf. Die Infrarot-Aufnahmen unterscheiden sich wenig von den Silbereosin-Aufnahmen.

Kolonien von Typhusbakterien (Aufn. Nr. 21—28) auf Agar, bei 37° C. bebrütet, sehen am 1. Tag ähnlich aus wie Kolonien von Bact. coli. Im Verlauf der folgenden Tage treten dann aber sehr schön Struktureinzelheiten innerhalb der Kolonie hervor. Nach 5 Tagen sind eine grobgekörnte äußerste Randzone, eine feingekörnte durchsichtige Uebergangszone und eine nach der Mitte zu sich immer mehr verdichtende zentrale Partie zu unterscheiden. Nach 7 Tagen sehen wir eine einheitliche Randpartie, locker gekörnt, durchsichtig, durch allmähliche Verdichtung zur dichtgekörnten, undurchsichtigen Mitte überleitend. Die Un-

terschiede zwischen Infrarot-Aufnahmen und Silbereosin-Aufnahmen sind ähnlich wie bei Diphtheriebakterien sehr deutliche. Die Infrarot-Aufnahme der 7 Tage alten Kolonie zeigt z. B. im Gegensatz zur Silbereosin-Aufnahme auch innerhalb der dichten zentralen Partie noch Unterschiede in der Dichte.

Von der Paratyphus B-Gruppe wurde Bact. Schottmüller (Aufn. Nr. 29—34) als Beispiel gewählt. Es bildet auf Agar nach 1 Tag flache, dünne, in der Mitte etwas dichtere, durchscheinende feingekörnte Kolonien mit gewelltem Rand. Nach 5 Tagen zeigt die Mitte feingekörnte, fleckig verwaschene Struktur, die Randzone ist eigenartig fein radiär gestreift und erhaben, sodaß man hier von einer Randwallbildung sprechen kann. Die Kolonie stammt von einer älteren Kultur ab und wuchs 2 Tage bei 37° C., die folgenden Tage bei Zimmertemperatur. (Dies bestätigt die Beobachtungen von R. Müller über den Verlauf der Schleimwallbildung bei Bact. Schottmüller [1].) Die Infrarot-Aufnahme zeigt besser die Strukturierung der zentralen Partie der Kolonie auf.

Das Bact. Virchow (Aufn. Nr. 35—40) als Vertreter der Paratyphus C-Gruppe, zeigt auf Agar (bei 37° C.) nach 1 Tag zarte runde, durchscheinende, flache Kolonien mit in radiären Strahlen angeordneter grober Körnelung im Zentrum, der Rand ist leicht wellig. Nach 3-tägigem Wachtum tritt die strahlenförmige Zeichnung nicht hervor, die ganze Kolonie ist gleichmäßig mittelfein gekörnt, im Zentrum etwas gröber als am Rand. Nach 5 Tagen weisen die Kolonien wesentlich mehr Struktur auf. Man kann von einer Randwallbildung sprechen, ihre äusserste Zone ist grober gekörnt. Das Zentrum weist grobkörnige Stellen in strahlenförmiger Anordnung auf. Die Unterschiede zwischen Infrarot-Aufnahmen und Silbereosin-Aufnahmen sind geringe.

Das Bact. enteritidis Gaertner (Aufn. Nr. 41—46) weist, den übrigen Paratyphusstämmen ähnlich, auf Agar bei 37° C. bebrütet, zarte Kolonien von geringer Strukturierung und nicht ganz glattem Rand auf. Die Unterschiede zwischen Infrarotaufnahmen und Silbereosin-Aufnahmen sind hier ebenfalls gering.

Von der Gruppe der Ruhrbazillen zeigt das durch seine Toxinbildung eine Sonderstellung einnehmende Bact. dysenteriae Shiga-Kruse (Aufn. Nr. 47—52) auf Agar (bei 37° C.) sehr zarte feingekörnte Kolonien mit nicht ganz glattem Rand und geringer Differenzierung. Im Verlauf von 5 Tagen verändern sich die Kolonien außer durch Größenzunahme wenig. Die Mitte der Kolonie wird dichter und grobkörniger. Die Unterschiede zwischen Infrarot- und Silbereosin-Aufnahmen sind gering. —

[1]) Zentralbl. f. Bacteriol. Orig. 95, S. 147.

Von den giftarmen Typen wurde das Bact. dysent. Y und Bact. dysent. Flexner herausgegriffen. Ersteres (Aufn. Nr. 53—57) wächst auf Agar bei 37° C. in runden, körnigen Kolonien, zentral dicker als am Rand. Dieser ist leicht gewellt. Nach 5 Tagen wird er gezackt, das Zentrum zeigt leicht wellige Beschaffenheit. Die Infrarot-Aufnahmen sind wesentlich deutlicher als die Silbereosinaufnahmen. (Vergleiche besonders Aufnahme Nr. 55 mit Nr. 56, die die Kolonie nach 3-tägigem Wachstum zeigen). Die auf der Silbereosin-Aufnahme Nr. 55 durchscheinende Randzone zeigt bei der Infrarot-Aufnahme Nr. 56 körnige Struktur. Ferner tritt bei der Infrarot-Aufnahme Nr. 56 eine kranzförmige Anordnung von dichteren und dünneren, grober und fein gekörnten Zonen im Zentrum der Kolonie hervor. — Bact. dysent. Flexner (Aufn. Nr. 58—64) bildet auf Agar bei 37° C. runde Kolonien mit geringer Strukturierung. Nach 1-tägigem Wachstum ist der Rand nicht vollkommen glatt, durchscheinend. Zur Mitte hin wird die Kolonie gleichmäßig dichter. Nach 5 Tagen fällt, besonders auf der Infrarot-Aufnahme, fleckige Zeichnung der Kolonie — mit Ausnahme der Randzone — auf. Allgemein zeichnet die Infrarot-Platte etwas besser als die Silbereosin-Platte.

Aufnahmen von Meningokokken-Kolonien (Aufn. Nr. 65—68) auf Ascites-Agar (bei 37° C.) und von Micrococcus catarrhalis-Kolonien (Aufn. Nr. 69—72) auf Agar (bei 37° C.) sind einander ähnlich. Die runden, glattrandigen Meningokokken-Kolonien erscheinen jedoch körniger und im Ganzen gleichmäßig erhaben, gewölbt — während bei den ebenfalls runden, glattrandigen Microc. catarrhalis-Kolonien nach 1-tägigem Wachstum eine Randzone von der Mitte zu unterscheiden ist. Nach 2 Tagen hat sich die Microc. catarrhalis-Kolonie kaum verändert, dagegen ist die Meningokokken-Kolonie kräftiger geworden und zeigt einen deutlichen Randwulst (vergleiche Infrarot-Aufn. Nr. 68) und eine flachere innere Zone mit einer geringeren zentralen Erhebung. Die Infrarot-Aufnahmen sind jeweils plastischer als die Silbereosin-Aufnahmen.

Dies gilt auch für die Aufnahmen von Gonokokken (Aufn. Nr. 73—76, vergleiche besonders Nr. 75 und 76). Zur Unterscheidung von Meningokokken- und Microc. catarrhalis-Kolonien ist die auf Ascites-Agar bei 37° C. bebrütete ebenfalls runde, glattrandige Gonokokkenkolonie als ganzes ausgesprochen flach und etwas grobkörniger. Nach 2 Tagen tritt die sehr gleichmäßige Körnelung der flachen Kolonie noch mehr hervor, nur die äußerste Randzone ist grobkörniger und vom Nährboden scharf abgesetzt.

Microc. candicans (Aufn. Nr. 77—80), auf Agar (bei 37° C. bebrütet) makroskopisch an seinen weißer Kolonien gut kenntlich, zeigt mikroskopisch kräftige, ziemlich erhabene runde fettglänzende Kolonien mit

glattem Rand. Besonders auf den jeweiligen Infrarot-Aufnahmen läßt sich eine Wallbildung erkennen, die nach 1 Tag etwas innerhalb der Randzone liegt, nach 2-tägigem Wachstum als Randwall zu bezeichnen ist; im Zentrum findet sich wieder eine geringe Erhebung.

Staphylococcus albus (Aufn. Nr. 81—86) weist auf Agar bei 37° C. runde glattrandige Kolonien auf, die in der Mitte dicker sind als am Rand und sich im Verlauf von 5 Tagen, außer durch Größenzunahme, wenig verändern. Unterschiede zwischen Infrarot- und Silbereosin-Aufnahmen sind in geringem Maß vorhanden.

Nahezu dasselbe gilt für den Staphylococcus pyogenes aureus haemolyticus (Aufn. Nr. 87—92), dessen Kolonien auf Agar (bei 37° C.) nur etwas kräftiger und grobkörniger erscheinen.

Der Streptococcus pyogenes haemolyticus (Aufn. Nr. 93—100) wächst auf Agar ebensogut wie auf Blutplatte (bei 37° C.). Wegen der größeren Durchsichtigkeit ist zum Photographieren die Agarplatte vorzuziehen. Die Kolonien sind, auf Agar- wie auf Blutplatte nach 1 Tag rund, glattrandig, mittelfein, im Zentrum etwas dichter gekörnt. Nach 3 Tagen zeigen sie ein dichteres, feingranuliertes Zentrum und einen grobkörnigeren und erhabenen außen aufgefaserten oder gebogten Rand. Die Infrarot-Aufnahmen sind deutlicher als die Silbereosinaufnahmen.

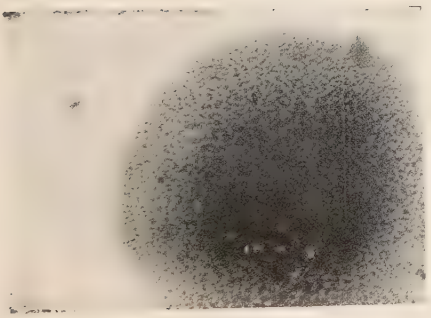
Der Streptococcus viridans (Aufn. Nr. 101—104) zeigt auf Ascites-Agar (bei 37° C.) kräftige runde bis ovale Kolonien, deren Rand nach 1 Tag glatt, nach 2 Tagen etwas aufgefasert erscheint und deren Zentrum dichtere grobkörnige Stellen aufweist. Bei der Infrarotaufnahme tritt diese Strukturierung noch besser hervor als bei der Silbereosinaufnahme.

Der Milzbrandbazillus (Aufn. Nr. 105—110) zeigt auf Agar charakteristische Wachstumsformen. Es bilden sich lockere geflechtartige, rundliche Kolonien mit feinen Ausläufern an der Peripherie. Nach 1 Tag schon (bei 22° C.) tritt Sporenbildung auf, die besonders gut in den nun länger und feiner werdenden Ausläufern, weniger gut in dem wolkig dichten Zentrum der Kolonie zu erkennen ist. Nach einigen weiteren Tagen haben die Ausläufer ein überaus zierliches Geflecht gebildet, und das noch wolkige Zentrum erscheint etwas mehr aufgelockert. Die Sporenbildung ist gut zu erkennen. Die Infrarot-Aufnahmen sind schöner, kontrastreicher als die Silbereosinaufnahmen. — Die Aufnahmen von Milzbrand mit 280-facher Vergrößerung (Aufn. Nr. 111—112) zeigen nähere Einzelheiten, doch fehlt natürlich der Ueberblick über die ganze Kolonie, und mit der Infrarot-Aufnahme läßt sich nicht mehr zeigen als mit der Silbereosin-Aufnahme.

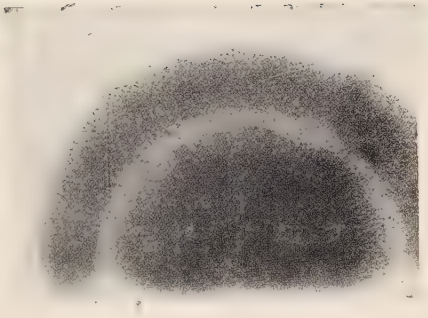
Ferner wurde versucht eine Mischung von Gonokokken, Meningokokken und Micrococcus catarrhalis auf Traubenzucker-Ascitesagar zu photographieren, um festzustellen, ob diese verschiedenen Bakterien photographisch zu differenzieren sind. Das ist nicht gelungen, weil es sich gezeigt hat, daß diese 3 verschiedenen Bakterienarten sehr schwer nebeneinander auf einem Nährboden gedeihen. Es wächst praktisch nur eine Bakterienart, in unserem Fall war es der Meningococcus. (Die 3 Bakterienarten wurden zunächst getrennt in Traubenzucker-Ascites-Bouillon eingebracht und nach je 2-tägigem Wachstum im Brutschrank (bei 37° C.) auf einer Traubenzucker-Ascites-Agarplatte ausgestrichen).

Außerdem wurden verschiedene Hefe-Kolonien photographiert, einerseits Abkömmlinge eines frischen Stammes (Aufn. Nr. 113, 114) und im Vergleich dazu Abkömmlinge eines alten Stammes (Aufn. Nr. 115, 116). Der Zweck war, vielleicht auftretende Altersveränderungen im Bild festzuhalten. Es ließen sich sowohl mit der Silbereosin-Aufnahme wie auch mit der Infrarot-Aufnahme keine wesentlichen Unterschiede zwischen diesen beiden Arten von Hefe-Kolonien feststellen.

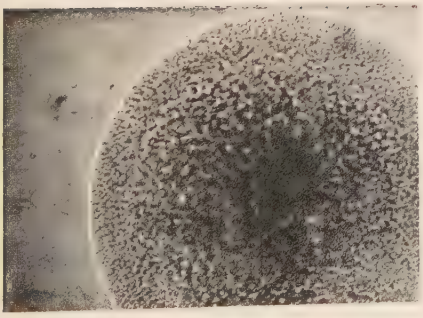
Als einige charakteristische Beispiele seien hier die Aufnahmen von Diphtherie-Kolonien, Nr. 5—8, wiedergegeben:



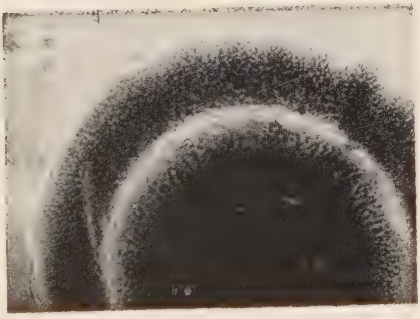
Nr. 5



Nr. 7



Nr. 6



Nr. 8

## Zusammenfassung.

Die Photographie von Bakterienkolonien im infraroten Licht liefert im Vergleich zur Photographie im gewöhnlichen Licht wesentlich kontrastreichere Bilder. Struktureinzelheiten werden deutlicher sichtbar am Rand der Kolonie, und auch für die tieferen Schichten im Zentrum der Kolonie besteht ein größeres Auflösungsvermögen.

Der Unterschied zwischen beiden Abbildungsarten wächst mit der Zunahme des Alters der Kolonien, was wohl mit auf dem größeren Strukturreichtum alter Kolonien gegenüber jüngeren beruht.

Zwischen Bakterienabkömmlingen von frischen Kolonien und von solchen höheren Alters (siehe Hefe), bei denen vielleicht eine Degeneration möglich ist, ließen sich mit Infrarot-Photographie keine Unterschiede feststellen.

Toxine lassen sich durch Infrarot-Photographie nicht zur Darstellung bringen.

Trotz der so festgestellten Besonderheiten der Infrarot-Photographie von Bakterienkolonien gegenüber der Photographie im gewöhnlichen Licht sind die Unterschiede doch nicht so groß, daß sich ein für die Differentialdiagnose von Bakterien in der Praxis zu verwertendes Resultat ergeben hätte.

## Literaturverzeichnis.


Dieterle, W.: Infrarotphotographie. Mitteilungen aus dem wissenschaftlichen Zentrallaboratorium der Agfa. 1930.

Eggerth, J.: Stand der Infrarotphotographie. Veröffentlichungen des wissenschaftlichen Zentrallaboratoriums der Agfa. 1933, Band 3.

Helwich, O.: Die Infrarotphotographie und ihre Anwendungsgebiete. Dr. Walter Hering Verlag in Harzburg. 1937. Und in „Der Naturforscher", Heft 9, 11. Jg.

Isert, G.: Fotografieren mit Infrarot. G. Hirth Verlag München. 1935.

Kraft, P.: Die Mikrophotographie mit infrarotem Licht. Bericht über den 8. internat. photographischen Kongreß in Dresden. 1931.

Müller, R.: Die Schleimwälle der Paratyphus B-Kolonien. Zentralbl. für Bakteriologie, Originale 95, Seite 147.

Preissecker, E.: Ueber Mikrophotographie im ultraroten Licht. Wiener Klinische Wochenschr. Nr. 47, 1. 1931.

Zeiß, Jena: Universal-Kamera-Mikroskop „Ultraphot". Beschreibung und Gebrauchsanwendung. Mikro 532.

# Lebenslauf.

Ich, Elisabeth Burkhardt, wurde am 8. September 1914 als Tochter des Oberpostinspektor Karl Burkhardt und seiner Ehefrau Frida geb. Hezinger in Stuttgart geboren. 3 Jahre lang besuchte ich in Stuttgart die Grundschule, anschließend, von 1924—1933, die Oberrealschule Königin-Olgastift in Stuttgart. Dort legte ich Ostern 1933 die Reifeprüfung ab. Gleichzeitig erwarb ich in einem freiwilligen Sonderkurs das Kleine Latinum. Im Sommersemester 1933 begann ich in Tübingen das medizinische Studium. Im S.S. 1934 war ich beurlaubt. Das Vorphysikum bestand ich im Oktober 1934, das Physikum im März 1936. Im S.S. 1936 studierte ich in Königsberg, im W.S. 1936/37 in Freiburg i. Br., vom S.S. 1937 an wieder in Tübingen. Hier legte ich im W.S. 1938/39 das medizinische Staatsexamen ab. Seit 1. Mai 1939 bin ich Medizinalpraktikantin am Hygiene-Institut Tübingen.